

# **RÉGÉNÉRATION *IN VITRO* PAR ORGANOGENÈSE DIRECTE DE POUSSÉS À PARTIR DE BOUTURES DE TROIS CULTIVARS DE PATATE DOUCE (*IPOMOEA BATATAS*) ORIGINAIRE DU TOGO**

***Glato Kodjo***

***Aidam Atsou***

***Odah Komi***

***Tozo Koffi***

***Attoh-Mensah M-L***

***Etse Kodjo Djidjolé***

Laboratoire de Physiologie et Biotechnologie Végétales,  
Faculté des Sciences, Université de Lomé, Lomé, Togo

***Kokoutse Adzo Dzifa***

Laboratoire de Botanique et d'Ecologie Végétale,  
Faculté des Sciences, Université de Lomé, Lomé, Togo

***Mawuli Aziadekey***

Département de Génétique et d'Amélioration des plantes,  
Ecole Supérieure d'Agronomie Université de Lomé, Lomé, Togo

***Sêmihinva Akpavi***

Laboratoire de Botanique et d'Ecologie Végétale,  
Faculté des Sciences, Université de Lomé, Lomé, Togo

***Aliaki Essozima***

***Pitekélabou Rassimwäi***

Laboratoire de Physiologie et Biotechnologie Végétales,  
Faculté des Sciences, Université de Lomé, Lomé, Togo

---

## **Abstract**

The sweet potato (*Ipomoea batatas*), plant is difficult to conventional improvement. Technical's methods by organogenesis remain the way to improve the material. The objective of our work is to test the potential of three local clones from cultivars of sweet potato cultivated in Togo: *Damadoami*, *Tombolo* and *Nagohé* in the influence of the BAP. Two clones: clone 1 *Nagohé* and clone 2 *Tombolo* are recalcitrant to be regenerated in

plants during the eight weeks of culture. Both clones of *Damadaomi* gave a total of 798 new buds with 370 buds for clone1 and 428 for clone 2 to 192 because of cutting by cutting 96 clones. Clone 1 of *Tombolo* and clone 2 *Nagohé* produced respectively 562 and 326 buds for 96 cuttings with an average of 5,85 to 3,39 for *Tombolo* and *Nagohe* respectively. Our work has shown that some clones of sweet potato cultivars of Togo respond well to organogenesis and may be potential candidates for genetic improvement.

---

**Keywords:** *Ipomoea batatas*, *in vitro* culture, neoformation, organogenesis, sweet potato Togo

---

**Abbreviations :** 6- benzylaminopurine: BAP; Murashige et Skoog: MS

---

### Résumé

La patate douce (*Ipomoea batatas*) est une plante récalcitrante à l'amélioration classique. Les moyens biotechnologiques par l'organogénèse restent la voie de recours à son amélioration. L'objectif de notre travail est de tester le potentiel organogénétique des clones de trois cultivars locaux de patate douce du Togo à savoir : *Damadoami*, *Tombolo* et *Nagohé* sous l'influence de la BAP. Deux clones : le clone 1 de *Nagohé* et le clone 2 de *Tombolo* sont récalcitrants à la formation de néo-bourgeons pendant les huit semaines de culture. Les deux clones de *Damadaomi* ont donné un total de 798 bourgeons dont 370 pour le clone1 et 428 pour le clone 2 pour un total de 192 boutures en raison de 96 boutures par clone. Le clone 1 de *Tombolo* et le clone 2 de *Nagohé* ont produit respectivement 562 et 326 bourgeons pour 96 boutures soit une moyenne de 5,85 pour *Tombolo* et 3,39 pour *Nagohé*. Les néo-bourgeons ont été multipliés sur milieu MS sans phytohormones et acclimatées sur du terreau stérile. Notre travail a montré que les clones de certains cultivars de patate douce du Togo répondent bien à l'organogénèse et peuvent être des candidats potentiels à l'amélioration génétique de la plante.

---

**Mots clés :** culture *in vitro*, *Ipomoea batatas*, néoformation, organogénèse, patate douce, Togo

---

**Abbréviations :** 6- benzylaminopurine: BAP; Murashige et Skoog: MS

### Introduction

La patate douce (*Ipomoea batatas*) est une plante vivrière à racines tubérisées qui présente une grande importance économique dans les régions tropicales et tempérées (Sihachakr et al., 1997). C'est la sixième culture vivrière la plus importante dans le monde après le riz, le blé, la pomme de

terre, le maïs et le manioc (Ogero et al., 2011). Les racines tubérisées contiennent de grandes quantités d'amidon qui peut atteindre 30 % de la masse fraîche chez certains cultivars (Hattori et al., 1985). Elle est utilisée pour l'alimentation humaine et la nutrition animale. Les tiges et le feuillage sont également utilisés comme fourrage (Cavalcante-Alves, 1996). Les feuilles et les tubercules de cette plante sont très riches en protéines, en  $\beta$ -carotène et en vitamines ( Adélia, 2007). Par ailleurs, la richesse du cultivar de patate douce à chair orange (OFSP : orange fresh sweet potato) en vitamine A ( Mwanga et al., 2009 ; Tumwegamire et al., 2011) a permis la mise en place de programmes de recherche sur sa potentialité nutritive. De plus, les capacités agronomiques : bonne productivité, cycle court, large adaptation climatique et édaphique de la plante restent des atouts majeurs pour faire face au déficit de la sécurité alimentaire dans ce contexte de changements globaux.

Malheureusement, la culture de la patate douce au Togo, comme dans plusieurs pays africains, est confrontée à de nombreuses contraintes biotiques telles que les maladies virales et bactériennes ; des ravageurs comme l'ont signalé Shimada et Otani (2007). Les maladies virales restent de loin la menace la plus importante pour l'expansion de la culture de la patate douce. Elles occasionnent annuellement des pertes de rendement pouvant varier entre 50 et 98 % (Gibson et al., 1998 ; Loebenstein et al., 2003). En plus, la sensibilité des tubercules aux nématodes, aux bactéries et aux virus les prédispose à des attaques pouvant causer d'énormes pertes post-récoltes. Les tubercules ainsi attaqués perdent non seulement leur caractéristiques organoleptiques mais aussi contiennent des toxines telles que l'ipomoeamarone et l'ipomoeamaronol ; ce qui les rend impropres à la consommation (Bell et al 2000). En effet, ces deux toxines selon ces auteurs résistent à la cuisson et provoquent des troubles gastriques chez l'homme.

Malgré les progrès réalisés dans l'amélioration de la patate douce par les méthodes conventionnelles (Sihachakr et al., 1997), le processus de sélection est long et exige l'utilisation d'un grand nombre d'individus et des systèmes d'amélioration élaborés à cause de l'état hexaploïde de cette espèce (Srisuwan et al., 2006). En plus, les efforts d'amélioration génétique sont sérieusement affectés par les difficultés dans les croisements sexués. Les causes sont essentiellement dues à des problèmes d'incompatibilités au sein des espèces d'*Ipomoea* (Martin, 1970), et des exigences physiologiques spécifiques pour la floraison (Martin et Jones, 1971). Par conséquent, la biotechnologie a été développée en complément des méthodes classiques afin d'aboutir à des protocoles d'amélioration plus efficaces pour cette plante. En effet, depuis quelques décennies, la patate douce a fait l'objet d'une amélioration variétale par des approches biotechnologiques. La culture *in vitro* de la patate douce a été déjà effectuée par plusieurs auteurs (Diallo,

1996 ; Kodja *et al.*, 1997 ; Lee *et al.*, 2002 ; Mervat, 2007) sur milieu de base MS de Murashige et Skoog (1962) additionné d'agar en présence des régulateurs de croissance pour favoriser son développement. Le matériel végétal utilisé est soit des fragments uninodaux (Kodja *et al.*, 1997 ; Glato *et al.*, 2013), des méristèmes ou des anthères (Diallo, 1996 ; Iftekhar *et al.*, 2013). La micropropagation, l'organogenèse (Chen *et al.*, 2006), la culture des méristèmes, l'embryogenèse somatique (Minocha *et al.*, 1991), la callogenèse, la culture des protoplastes et la transgenèse ( Luo *et al.*, 2006) et l'utilisation des outils de biologie moléculaire sont des voies exploitées par plusieurs chercheurs pour l'amélioration de la culture de cette plante.

Malgré les progrès récemment obtenus dans le domaine de la biotechnologie, les applications chez la patate douce sont encore limitées. Le manque de maîtrise de la régénération pour laquelle la patate douce est considérée comme une espèce récalcitrante (Sihachakr et Ducreux, 1993) demeure l'une des principales causes pour son amélioration. Toutefois, l'embryogenèse somatique et l'organogenèse restent les moyens biotechnologiques les plus exploités chez la patate douce pour opérer les transformations conduisant à l'amélioration ou à la création variétale (Sivparsad et Gubba, 2012). Cependant, les résultats sont fortement dépendants du génotype d'après Triqui (2009). Cette dépendance rend difficile la reproduction des protocoles de recherche d'un cultivar à un autre (González *et al.*, 1999). Parmi ces deux systèmes de régénération, l'organogenèse est la plus utilisée parce qu'elle permet d'obtenir en un temps court et en un espace limité des taux de multiplication élevés qui peuvent être maintenus longtemps. L'organogenèse directe à partir d'explants est une méthode de multiplication rapide pour la production de plants. Les plantules sont développées directement sans phase intermédiaire de cal, ce qui réduit au minimum la variation somaclonale. De plus, l'organogenèse a été utilisée avec succès pour la modification génétique de nombreuses plantes (Chandra *et al.*, 2003). Ainsi, le but de ce travail est d'améliorer l'efficacité de la régénération *in vitro* de la patate douce en contribuant à la mise en place d'une technique efficiente de production rapide de vitroplants par organogenèse directe à partir de boutures. Il s'agit dans ce travail, d'évaluer le taux de débourrement des bourgeons, le nombre de bourgeons néoformés et le nombre moyen de bourgeons néoformés par bouture. Le nombre de racines, de nœuds, de feuilles, de pousses et la taille des plantules issues de pousses néoformées obtenues ont ensuite été évaluées.

## **Matériel et méthodes**

### **Matériel végétal**

Trois cultivars de patate douce (*Ipomoea batatas*) les plus cultivés au Togo obtenue à Adzralakopé (village situé à 40 km de Lomé) pendant la

prospection 2008-2009 et conservés *in vitro* sous forme de vitroplants au Laboratoire de Physiologie et de Biotechnologies Végétales de l'Université de Lomé, Département de Botanique ont été utilisés dans notre étude. Ce sont : le cultivar *Damadoami* à chair rouge et peau blanche, le cultivar *Tombolo* à chair jaune et à peau jaune et le cultivar *Nagohé* à chair blanche et à peau blanche. Les boutures uninodales de chaque cultivar d'environ 1 à 1,5 cm de long ont été utilisées sur milieu MS (Murashige et Skoog, 1962).

## **Méthodes**

### **Milieux et conditions de culture**

Le milieu de culture est un milieu de base MS (Murashige et Skoog, 1962) supplémenté de saccharose 3 % (w/v), agar-agar 0,8% (w/v) et de différentes concentrations de BAP (0 mg/L ; 2 mg/L ; 4 mg/L ; 5 mg/L ; 8 mg/L). Le pH du milieu a été ajusté à  $5,7 \pm 1$  avec le KOH (0,1N) ou le HCl (0,1N). Le milieu est stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 20 min sous une pression de 1 à 1,2 bars. Les cultures ont été réalisées à  $25 \pm 2$  °C sous une intensité lumineuse de  $120 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$  et une photopériode de 16 h à ampoules fluorescentes

### **Initiation des pousses**

Les boutures uninodales à polarité conservée ont été placées sur les différents milieux de culture. Au total 120 boutures ont été utilisées par clone en raison de 24 par concentration de BAP ; soit un total de 240 boutures par cultivar. Les observations sont faites régulièrement et pendant huit semaines

### **Micropropagation des pousses néoformées**

Pour cette expérimentation nous avons utilisé que les plantules issues de deux milieux.

Les pousses issues de nouveaux bourgeons initiés sur les milieux BAP 5mg/L et BAP 8mg/L. Elles sont découpées en fragment uninodaux (1 à 1,5) et mis en culture sur milieu MS. Au total 48 explants sont utilisés par cultivars en raison de 24 par concentration.

### **Acclimatation**

Du terreau stérilisé à l'autoclave à 140°C pendant 30 minutes mis dans les sachets plastique a servi du substrat d'acclimatation. Dix vitroplants (possédant au moins une racine) les plus vigoureux de chaque cultivar ont été choisis. Les racines, ont été débarrassées de l'agar-agar par rinçage à l'eau de robinet et plantés sur le substrat arrosé par la solution minérale MS diluée de moitié. L'ensemble placé dans les bacs d'acclimation, totalement fermés pendant les quatre premiers jours puis rouverts progressivement. Un arrosage régulier est fait par la suite avec de l'eau du robinet

## Observations et évaluation des paramètres

Le taux de débourrement des bourgeons, le nombre total de bourgeons néoformés et le nombre moyen de bourgeons néoformés par bouture sont notés au bout des huit semaines.

Pour la micropropagation des pousses néoformées, les différentes observations telles que : le nombre de racines, de nœuds, de feuilles, de pousses et la taille des plantules ont été évalués au bout de six semaines. Le taux de survie pendant l’acclimatation de chaque cultivar est également noté.

$$\text{Taux de bourgeons néoformé} = \frac{\text{Nombre de bourgeons néoformés}}{\text{Nombre total de boutures}} \times 100$$

## Analyses statistiques

Les résultats ont fait l’objet d’analyses statistiques. Les observations quantitatives sont comparés par utilisation du logiciel Statistica 10.0 (Statsoft Inc ; Tulsa, USA, 2011). Les différences significatives sont révélées par une ANOVA univariée. Le classement des moyennes en groupes homogènes est effectué par le test de comparaison de Newman- Keuls au seuil de 5%.

## Résultats et discussion

### Effet de la BAP sur les différents cultivars

#### *Damadoami*

Les différents clones du cultivar *Damadoami* ont réagi à l’organogénèse avec une production totale (370 et 420) de pousses adventives (clone1 et clone 2) (Tableau 3). Nos résultats ont montré qu’avec le clone 1, le milieu contenant BAP 4mg/L a donné la meilleure réponse avec un nombre moyen de bourgeons/bouture de  $5,16 \pm 2,03$ . Les milieux à BAP 2mg/L ; BAP 5mg/L et BAP 8mg/L ont donné respectivement des moyennes de  $2,83 \pm 0,91$  ;  $3,91 \pm 1,52$  et  $3,50 \pm 0,97$ . Les analyses statistiques montrent que ces résultats sont significativement différents entre eux. Quant au clone 2 du même cultivar, c’est par contre le milieu à BAP 5mg/L qui a révélé de bons résultats avec une moyenne de  $5,58 \pm 2,01$  bourgeons/ bouture. Les autres concentrations à savoir BAP 2mg/L ; BAP 4mg/L et BAP 8mg/L ont produit respectivement  $3,08 \pm 1,63$  ;  $4,08 \pm 1,74$  et  $5,08 \pm 2,90$ . Les analyses statistiques de ces résultats sont également significativement différents (tableau 2). Dans tous les cas (clone 1et clone 2) le témoin n’a donné aucune réponse. Nos résultats ont montré au niveau des deux clones une baisse de réponse à la formation de pousses adventives des boutures de *Damadoami* à la plus forte concentration (BAP 8mg/L). On peut alors déduire qu’il existe pour ce cultivar un effet seuil d’inhibition des pousses à la BAP. L’effet inhibiteur de ce cytokinine (BAP) a été déjà

signalé par Nestor et al. (1995) sur les boutures cultivar Jewel de patate douce. En effet les auteurs ont montré qu'une augmentation de la concentration en BAP dans les milieux de culture a réduit sensiblement le nombre de pousses. De même Séfaci et al. (2012) ont souligné dans leur travaux sur deux cultivars récalcitrants originaire d'Ouganda (Kyebendula et Bwanjule) que les fortes concentration en cytokinine (TDZ :Thidizuron) ont inhibé la formation de pousses.

### ***Tombolo***

Pour ce cultivar, le clone 2 n'a donné aucune pousse adventive quelque soit la concentration de la BAP utilisée (tableau1). Par contre Le clone 1 a produit un nombre total de 562 bourgeons pour 96 boutures utilisées. Soit, une moyenne de 5,85 bourgeons/bouture

Aux différentes concentration en BAP les moyennes peuvent être regroupées en trois catégories : BAP 2 mg/L et BAP 4 mg/l avec des moyennes respectives de  $3,00 \pm 1,56$  et  $2,8 \pm 0,65$  qui forment un groupe homogène selon les résultats statistiques et qui restent différents des moyenne de la BAP 5 mg/L ( $7,66 \pm 2,83$ ) et de la BAP 8 mg/L ( $10,16 \pm 2,11$ ) qui sont significativement différent entre eux. Nos résultats ont montré que contrairement au cultivar *Damadoami*, le nombre de pousses chez *Tombolo* n'est pas inhibé à la forte concentration utilisée. Cela pourrait s'expliquer par le fait que le seuil d'inhibition n'est pas encore atteint pour ce cultivar. Les travaux de Yang (2010) sur la patate douce (cv Zishu N° 10) ont montré un effet inhibiteur de la BAP à 1,5 mg/L.

### ***Nagohé***

Les productions de bourgeons des boutures au niveau du clone 2 varient de  $1,08 \pm 1,13$  à  $6,75 \pm 0,83$  respectivement pour les concentrations de BAP 2 mg/L et BAP 5 mg/L (tableau 2). Les nombres moyens de bourgeons néoformés par bouture des différents clones sont classés en trois groupes selon les analyses statistiques. Les moyennes de la BAP 4 mg/L et la BAP 8mg/L forment un groupe homogène dont les résultats respectifs  $3,91 \pm 1,13$  et  $3,50 \pm 1,06$  ne sont pas significativement différent selon les analyses. Ce groupe est différent des moyennes de la production de la BAP 2 ( $1,08 \pm 1,13$ ) et de la BAP 5 ( $6,75 \pm 0,83$ ) qui sont les deux autres groupes dont les résultats sont significativement différents entre eux (tableau 2). Le nombre totale de bourgeons du clone 2 est de 326 bourgeons sur un totale de 96 boutures soit une moyenne de 3,39 bourgeons/bouture. Il est à noter qu'aucune pousse n'est observée avec le clone 1 de ce cultivar avec les différentes concentrations de la BAP utilisées. L'effet de la BAP sur ce cultivar (*Nagohé*) est similaire à celui de *Damadoami*.

Pour les différents clones des cultivars, nos travaux ont montré des taux de réaction supérieurs à 50% et atteint dans certains cas 100% (tableau 1). Ces résultats sont meilleurs par rapport à ceux de Séfaci et al (2012) et de Xiansong (2010) dont les plus forts taux de réactions sont respectivement 42,9% et 20,83%. Des valeurs plus faibles sont obtenues chez d'autres espèces comme Voandzou (16,66%) selon Mongomaké et al. (2013).

L'induction à l'organogénèse par la BAP a donné des réponses presque hétérogènes où la concentration optimale est variable selon les clones. Ainsi, pour le clone 2 (*Nagohé*) et clone 1(*Damadoami*) l'optimum est atteint pour les concentrations respectives de 5mg/L et 4mg/L de la BAP. Au-delà, on a noté une diminution du nombre de néo-bourgeons. Mais par contre avec le clone1(*Tombolo*) le nombre de bourgeons augmente avec les mêmes concentrations. BAP, reconnue comme un des meilleures cytokines induisant la formation des pousses selon Mongonaké et al., (2013), peut présenter un effet inhibiteur à fortes concentrations chez certains espèce comme chez la patate douce (cv *Damadami*). L'effet inhibiteur de la BAP sur la régénération de pousses ont été observé également chez l'ananas par Edwige et al. (2011)

L'organogénèse initiée à partir des boutures soumises à différentes concentrations de BAP, nous révèle que les réponses dépendent des clones et de la concentration en phytohormones du milieu. Monica et al. (2009) obtenaient des résultats similaires après utilisation d'AIA sur des explants de patate douce qui ont conduit à des pousses adventives uniquement que chez certains cultivars. Les mêmes observations ont été rapportées par et Séfaci et al. (2012) sur l'effet et la teneur des phytohormones sur la formation de cals et de pousses *in vitro* de la patate douce.

La BAP apportée au milieu est une hormone qui aurait interagit avec les auxines endogènes de l'explant. Quand la concentration en BAP augmente, la balance hormonale est en faveur de la BAP et son effet l'emporte sur celui des auxines d'où les concentrations moyennes ont donné dans la plupart des cas de meilleurs résultats que les faibles concentrations. Ces résultats sont similaires à ceux de Sivparsad et Gubba (2012) qui ont amélioré de 31% le taux de néoformations de pousses chez la patate douce (cultivar Blesbok) en augmentant la concentration de la BAP.

L'induction de l'organogénèse (bourgeons néoformés) à partir des boutures dépend des cultivars, des clones à l'intérieur d'un même cultivar, de la nature et de la concentration en phytohormones comme l'ont déjà montré III-Whan et Schuyler, (2005) sur les trois génotypes de *Sequoia sempervirens*.

## **Micropropagation des pousses néoformées**

L'évaluation de la morphogenèse *in vitro*, sur milieux MS, avec ou sans régulateurs de croissances de pousses adventives obtenues par utilisation de phytohormones, ont été abordé par plusieurs chercheurs dans le cas de l'ananas (Edwige et al.,2011), la patate douce (Gong et al.,2005 ; Sivparsad et Gubba 2012) , le voandzou (Mongomaké et al., 2013), et la banane (Ssekiwoko et al., 2014)

Nos résultats ont montré que le taux d'évolution *in vitro* des boutures uninodales des bourgeons néoformés est de 64% pour *Tombolo* et de 57% pour *Nagohé*. Quant aux taux de débourrement et d'enracinement ils sont inférieurs à 50% pour les bourgeons des deux cultivars (tableaux 3 et 4). La multiplication des bourgeons néoformés de *Damadoami* donne un taux de survie et de débourrement de 100% et un taux d'enracinement de 88% (Tableaux 3 et 4). Les faibles taux d'enracinement de *Tombolo* et *Nagohé* seraient liés au génotype de ces deux cultivars. Le milieu de culture joue un rôle crucial dans la réussite de la micropropagation. Ainsi l'apport d'auxine exogène améliorerait le taux d'enracinement pendant la micropropagation de certains clones.. Iftexhar et al. (2013) ont montré que l'utilisation des phytohormones était indispensable pour la multiplication des plantules de patate douce.

Pendant la micropropagation, il est observé surtout au niveau de *Damadoami* des anomalies morphologiques se traduisant par un aplatissement de la plantule portant des feuilles réduites. Il s'agirait certainement d'une instabilité génétique et physiologique de ce cultivar comme l'ont déjà souligné Sihachakr et Ducreux (1993) sur la patate douce de même que les résultats de Chen *et al.* (2006) sur la morphogenèse *in vitro* de la plante.

La production de racines, de pousses, de nœuds ainsi que la taille des vitroplants obtenus montrent que les bourgeons néoformés issus de *Damadoami* ont les meilleures capacités de morphogénèse *in vitro* parmi les trois cultivars (tableau 5). Le nombre moyen de racines/ vitroplants est de  $2 \pm 1,30$  ;  $2,91 \pm 0,99$  ;  $0,86 \pm 0,99$  respectivement pour *Damadoami*, *Tombolo* et *Nagohé*. Il est à souligner ici que *Tombolo* avec un faible taux d'enracinement ( 44%) a plus de racines /vitroplant que *Damadoami*. Ceci est dû à la capacité d'une plantule de ce cultivar à produire de racines.

## **Acclimatation**

Le transfert des vitroplants du laboratoire à la serre exige une modification graduelle des conditions environnementales (humidité, température). Ceci permet une adaptation des structures internes du vitroplant (Alfred et al., 2013). L'acclimatation de la patate douce a été déjà effectuée avec succès (Gong et al.,2005 ; Xiansong , 2010)

Nos différents cultivars ont été bien acclimatés avec un taux de réussite de 100%. Romuald et Anna (2013) ont retrouvé presque les mêmes taux (97%) chez les cultivars « Carmen Rubin » et « White Triumph ». Nous avons remarqué un développement rapide des jeunes feuilles qui sont larges et vertes. Aucune anomalie physiologique n'est observée pendant la phase de l'acclimatation. La morphologie des plantes est similaire à celle observée dans la nature avec beaucoup plus de vigueur.

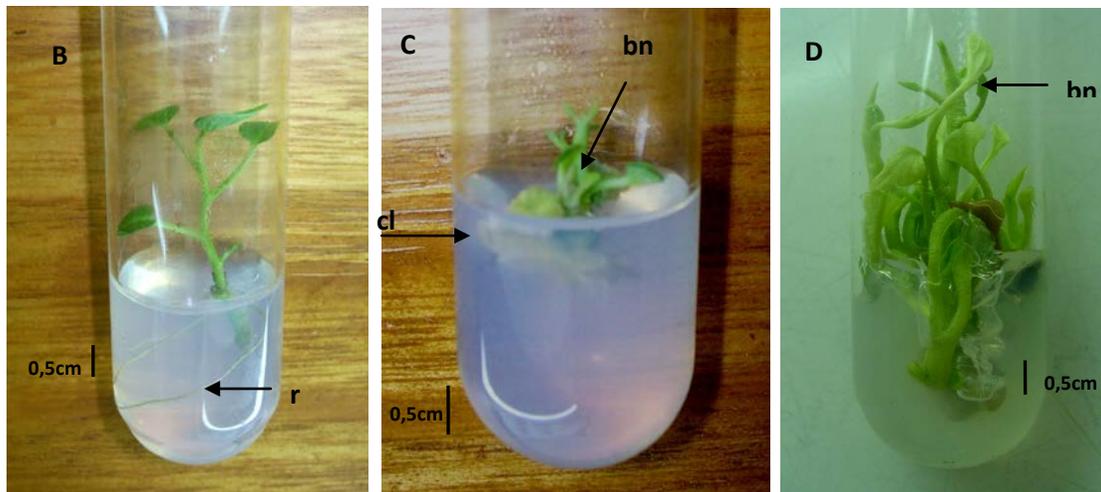
### Conclusion

Cette étude nous a permis la mise en place d'une technique rapide de production des meilleurs cultivars de patate douce cultivée au Togo. Les résultats ont montré que les voies d'amélioration par l'organogénèse peuvent être explorées avec ces cultivars. La diversité agro-morphologique au sein du groupe se retrouve également dans les comportements morphogénétiques des cultivars *in vitro*. Les réponses observées au niveau des plantules *in vitro* dépendent à la fois de la variété de la patate douce, du clone, et des hormones exogènes, de la BAP dans la présente étude. D'autres études pourraient être envisagées pour la caractérisation moléculaire de ces différents cultivars pour une meilleure conservation et la mise au point des programmes d'amélioration. Elles permettront d'envisager une production à grande échelle de cette ressource pour répondre aux besoins des populations.



Figure 2 : Vitroplants acclimatés de 4 semaines





**Figure 1 :** Bourgeons néoformés sur milieu BAP 5 mg/L  
 A : Vitroplant initial ; B: Témoin de 4 semaines ; C : MS + BAP 5mg/L (4 semaines), D : MS+BAP 5 mg/L (8 semaines) r : racine ; cl : cal ; bn ; bourgeons néoformés.

**Tableau 1 :** Réaction des différents clones des cultivars de patate douce à la formation des néo-bourgeons sous l’action de la BAP au bout de 8 semaines

Cultivar	Clon	BAP (mg/l)	Taux de bouture à bourgeons néoformés (%)	Bourgeon totale	Autres formations
Damade	Clon 1	0	0	00	Pousse normale
		2	100	68	Gros cals aux extrémités
		4	100	124	Gros Cals aux extrémités
		5	100	94	méristème préexistant inhibé
		8	100	84	gros cals aux extrémités
	Clon 2	0	0,00%	00	Pousse normale
		2	83,33	74	Cals cicatriciels aux extrémités
		4	100	98	
		5	100	134	Méristème préexistant inhibé
		8	83.33	122	Gros cal aux extrémités
Tombo	Clon 1	0	0,00	00	Pousses normale
		2	83,33	72	Gros cal aux extrémités
		4	91,66	62	méristème préexistant inhibé
		5	100	184	Cals cicatriciel aux extrémités
		8	100	244	
	Clon 2	0	0,00	00	Pousse normale
		2	0,00	00	Méristème préexistant débourre
		4	0,00	00	
		5	0,00	00	Boutures couvertes de cals jaunes brunissent et meurent
		8	0,00	00	
Nagoh	Clon 1	0	0,00	00	Pousse normal
		2	0,00	00	
		4	0,00	00	
		5	0,00	00	Boutures couvertes de cals jaunes brunissent et meurent
		8	0,00	00	
	Clon 2	0	0,00	00	Pousses normales
		2	50	26	Gros cals aux extrémités
		4	83,33	94	Cals cicatriciels aux extrémités
		5	100	122	Inhibition du méristème préexistant + cals à la base
		8	66,66	84	

**Tableau 2** : Nombre moyen de bourgeons néoformé des clones par cultivar sous l'effet de la BAP

	Damadoami		Tombolo		Nagohé	
	Clone1	Clone2	Clone1	Clone2	Clone1	Clone2
Temoin	0,00 ± 0,00c	0,00 ± 0,00d	0,00 ± 0,00b	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00b
BAP 2mg/L	2,83 ± 0,91a	3,08 ± 1,63a	3,00 ± 1,56a	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00a	1,08 ± 1,13c
BAP 4mg/L	5,16 ± 2,03d	4,08 ± 1,74ab	2,58 ± 0,65a	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00a	3,91 ± 1,13a
BAP 5 mg/L	3,91 ± 1,52b	5,58 ± 2,01c	7,66 ± 2,83c	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00a	6,75 ± 0,83d
BAP 8 mg/L	3,50 ± 0,97ab	5,08 ± 2,90bc	10,16 ± 2,11d	0,00 ± 0,00a	0,00 ± 0,00a	3,50 ± 1,06a

les moyennes d'une même colonne suivies de même lettre ne sont pas significativement différent selon le test de Newman-Keul au seuil de 5%. ± SE

**Tableau 3** : Pourcentage de réaction à la BAP, le nombre Total de bourgeons et le nombre moyen de bourgeons des différents clones et des différents cultivars sous l'influence de la BAP.

	Damadoami			Tombolo			Nagohé		
	t	Nbre	Moy/b	t	Nbre	Moy/b	t	Nbre	Moy/b
clone1	100%	370	3,85	93,74%	562	5,85	75%	326	3,39
clone 2	91,66%	428	4,45	0%	0	0	0%	0	0
Totale	95,83%	798	4,15	46,87%	562	2,92	37,50%	326	1,69

t : taux de réaction ; Nbre : Nombre de bourgeons néoformés ; Moy/b : Nombre moyen de bourgeons par bouture

**Tableau 4** : débourrement, d'enracinement et de survie des néo-bourgeons sur milieu MS solidifié à l'agar en six semaines de culture

	Damadoami	Tombolo	Nagohé
Taux d'enracinement	88%	44%	38%
Taux débourrement	100%	44%	47,22%
Taux de survie	100%	64%	57%

**Tableau 5** : morphogénèse des bourgeons néoformés des différents cultivars au bout de six semaines

	Damadoami	Tombolo	Nagohé
Racines	2 ± 1,3 <sub>b</sub>	2,91 ± 0,99 <sub>c</sub>	0,86 ± 0,99 <sub>a</sub>
Pousses	1 ± 0,00 <sub>b</sub>	0,55 ± 0,50 <sub>a</sub>	0,75 ± 0,96 <sub>a</sub>
Feuilles	4 ± 1,96 <sub>b</sub>	2,11 ± 1,25 <sub>ab</sub>	2,75 ± 1,34 <sub>b</sub>
Nœuds	4 ± 2,93 <sub>b</sub>	2,75 ± 2,68 <sub>ab</sub>	2,11 ± 0,50 <sub>a</sub>
Taille (cm)	1,82 ± 0,56 <sub>b</sub>	0,61 ± 0,63 <sub>a</sub>	0,44 ± 0,54 <sub>a</sub>

les moyennes d'une même ligne suivie de même lettre ne sont pas significativement différent selon le test de Newman-Keul au seuil de 5%.  $\pm$  SE

### References:

- Adelia C. B. (2007). Sweet potato a review of its past, present and future role in Human nutrition. *J Agric Food Chem* 50(6).56-60
- Alfred O.U., Uchenna E.O. (2013). Micropropagation and postflask management of sweet potato using locally available materials as substrates for hardening. *Plant Knowledge Journal*. 2(2): 56-61.
- Bell A., Muck O., Schuler B. (2000). Les richesses du sol. D.E.S Allemagne. 85p
- Cavalcante-Alves JM. (1996). l'embryogenèse somatique chez la patate douce (*ipomoea batatas* (L.) lam., convolvulacées): induction et maintien des structures embryogènes, caractérisation de protéines associées. Thèse de doctorat de l'université Paris XI Orsay. 183p.
- Chen L., Baagsari A., Carter J. (2006). Effet of medium composition and culture duration on *in vitro* morphogenesis of sweet potato: *Biologia plantarum* 50 (1). 114-117
- Chandra A. et Pental D., (2003). Regeneration and transformation of grain legumes: an overview. *Curr. Sci.*, 84(3), 381-387
- Diallo A. (1996) . Micro propagation et régénération de quelque variétés de patate douce cultivées au Sénégal. Univ. Cheick. Anta. Diop. Dakar, DEA 42 p.
- Edwige. S. Y.,Tanoh H. K ., Mongonaké K., Justin Y.K., Patrice K.,Jean-Michel M.(2011) Regeneration of pineapple (*Ananas cosmosus* L.) Plant through somatic embryogenesis *Plant Biochem. Biotechnol.* 20(2). 196-204
- FAOSTAT(2010). [http:// faostat.fao.org](http://faostat.fao.org) : consulté le 19 Octobre 2012
- Gibson R.W., Mpenbe I., Alicai T., Carey E.E., Mwangi R.O.M., Seal S.E., Vetter H.J., (1998). Symptoms, etiology and serological analysis of sweet potato virus disease in Uganda. *Plant Pathol* 47. 95-102
- Glato K., Etse K.D., Sanvee M., Tozo K., Aidam A. (2013). Comparaison of *in vitro* morphogenetic capacities of different clones of three local cultivars of sweet potato (*Ipomoea batatas*) From Togo. *African Journal of Biotechnology*. Vol. 12(29). 4648-4655
- Gong Y., Gao F., Tang K., (2005). *In vitro* high frequency direct root shoot regeneration in Sweet potato using the ethylene inhibiteor silver nitrate. *South African Journal of botany*. 71(1). 110-113
- González R.G., Sanchez D.S., Campos J.M.,Vázquez E.P., Guerre Z.Z., Quesada A.P.,Valdivia R.M., González M.G. (1999). Plant regeneration from leaf and stem explants from two sweet potato (*Ipomoea batatas* L. Lam.) cultivars. *Biotechnol Apli*. 16(1). 11-14.

- Hattori T., Nakagawa T., Maeshima M., Nakamura K. Asahi T. (1985). Molecular cloning and nucleotide sequence of cDNA for sporamin, the major soluble protein of sweet potato tuberous roots. *Plant Mol Biol* 5. 313 – 398
- Iftekhar A., Shamina AS., Mst KN., Jahangir MA., Anisuzzaman M., Mohammad FA. (2013). Elimination and detection of virus in meristem-derived plantlets of sweet potato as low-cost option toward commercialization. *3 Biotech* 3: 153-164
- Kodja H., Robene-Soustrade I., Figier J. (1997). Micro propagation de la patate douce a partir du développement axillaire. 6<sup>e</sup> journée scientifique du réseau biotechnologie végétale AUPELF- UREF ; Orsay
- Lee I., Lee Y., Lim I.S., Lim Y. P. (2002). Variation in sweet potato regenerates from gamma-ray irradiated embryogenic callus. *J. Plant biotechnology*. 163-170
- Loebenstein G., Fuentes S., Cohen J and Salzar LF. (2003). Sweet potato. In Loebenstein G and Thottappilly G (eds) virus and diseases of major crops in developing countries, Kluwer. Academy Publishers, Dordrecht, The Netherlands. 223-248
- Luo H.R., Santa Maria M., BENAVIDES J., Zhang D.P., Zhang Y.Z. and Ghislain M. (2006). Rapid and genetic transformation of sweet potato (*Ipomoea batatas*) via organogenesis. *African Journal of Biotechnology* Vol.5(20). 1851-1857.
- Martin FW (1970). Self and interspecific incompatibility in the convolvulaceae. *Bot Gaz* 131:139-144.
- Martin F.W. et Jones A. (1971). Flowering and fertility changes in six generations of openpollinated sweet potato. *Amer J Hort Sci*. 96: 493-495.
- Mervat M. M. EF. (2007). Optimization of growth condition during Sweetpotato micro-propagation. *African Potato Association Conference Proceedings*, Vol.7, 204-211. Alexandrie, Egypte.
- Monica S-M., Kenneth V. P., Craig G. Y., George A. Bryon S. (2009). Rapid shoot regeneration in industrial “high starch” Sweet potato (*Ipomoea batatas* L.) Genotype. *Plant Cell Tissue Organ Cult* 97: 109-117
- Mongomaké K., Tchoa K., Tanoh H. K., Kouakou S. K., J. S. O. (2013). Plant regeneration via direct shoot organogenesis from cotyledons explants of bambara groundnut *Vigna subterranea* (L) Verdc. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 17(4) 584-592
- Murashige T., Skoog F. (1962). A Review medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue culture. *Physiologia Plantarum* 15: 473-497
- Mwanga, R.O.M., B. Odongo, C.N. Niringiye, A. Alajo, B. Kigozi, R. Makumbi, E. Lugwana, J.Namakula, I.Mpembe, R. Kapinga, B. Lemaga, J. Nsumba, S. Tumwegamire, and C.G. Yencho. (2009). ‘NASPOT 7’,

‘NASPOT 8’, ‘NASPOT 9 O’, ‘NASPOT 10 O’, and ‘Dimbuka-Bukulula’ sweetpotato. Hort Science 44: 828–832.

Nestor P., Yasuo K., Katsuyuki K., Itaru S (1995). Plant regeneration from leave disks and stem segments from Sweet Potato using only NAA as supplementary growth regulator. Plant Tissue Culture letters, 12(3). 289-296

Ogero K.O., Gitonga N.M., Mwangi M., Ombori O., Ngugi M. ( 2011). African Crop Science Conference Proceeding, Vol. 10. 411-415

Romuald D. et Anna O. (2013). Micro propagation of sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.)Lam) from node explants. Acta Sci. Pol.,Hortorum Cultus 12(4). 117-127

Sefaci A., Ghislain M., Kiggundu A., Ssemakula G., Rukarwa R., and Mukasa S.B. (2012). Thidiazuron improves adventitious bud and shoot regeneration in recalcitrant sweetpotato. African Crop Science Journal, Vol. 21, No. 1. 85-95

Shimada T. et Otani M. (2007) IV.3 Sweet Potato. Biotechnology in Agriculture and Forestry: 59 Transgenic Crops IV (ed. by E.C. Pua and M.R. Davey) © Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 337-353

Sihachakr D, Haïcour R, Cavalcante Alves JM, Umboh I, Nzoghé D, Servaes A et Ducreux G (1997). Plant regeneration in sweet potato (*Ipomoea batatas* L., Convolvulaceae). Euphytica 96: 143-152

Sihachakr D., Ducreux G. ( 1993). Regeneration of plant from protoplasts of sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam) in: Bajaj yps, ed. Biotechnology in agriculture and forestry vol.23, Plant protoplast and genetic engineering IV Springer-Verlay. Berlin, Heidelberg: pp 43-59

Sivparsad B.T. and Gubba A. (2012). Development of an efficient plant regeneration protocol for sweet potato (*Ipomoea batatas*) c.v. Blesbok. African Journal of Bioyechnology. Vol. 11(84) .14982-14987

Srisuwan S., Sihachakr D., et Siljak-Yakovlev S. (2006). The origin and evolution of sweet

potato (*Ipomoea batatas* L. Lam.) and its wild relatives through the cytogenetic approaches. Plant Sci 171: 424-433.

Ssekiwoko F, Talengera D, Kiggundu A, Namutebi M.K, Karamura E, and Kunert K. (2014) *In-vitro* proliferation of *Musa balbisiana* improves with increased vitamin concentration and dark culturing. J App Biol Biotech. 2 (03). 001-007

Triqui Z.E.A (2009). Contribution à l’amélioration de la patate douce (*Ipomoea batatas*,(Lam)) par application des biotechnologies : Embryogénèse somatique et transformation génétique. Thèse de Doctorat d’Etat Université Mohammed V-Agdal, Faculté des Sciences, Rabat 143p

Tumwegamire S., Regina K., Patrick R.R., Don R. LB., Wolfgang G., Gabriela B., Thomas Z.F., Rosemary C., Elke P., Mwangi R.O.M. (2011). Evaluation of Dry Matter, Protein, Starch, Sucrose, b-carotene, Iron, Zinc,

Calcium, and Magnesium in East African Sweetpotato [*Ipomoea batatas* (L.) Lam] Germplasm. HortScience 46(3): 348–357. .

III-When-Sul et Schuyler S. K. (2005). Direct shoot organogenesis from needles of three genotypes of *Sequoia Sempervirens*. Plant Cell Tissue and Organ Culture 80: 353-358

Xiansong Y. (2010). Rapid production of virus-free plantlets by shoot tip culture in vitro of purple-colored sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). Pak. J. Bot, 42(3): 2069-2075